

Production d'*Heliothis armigera* (Hübner) (Lep., Noctuidae) : technique d'élevage en groupe des chenilles

M. Giret* et R. Couilloud*

* Laboratoire de Nutrition et d'Élevage d'Insectes, Centre du CIRAD, BP 5035, 34032 Montpellier Cedex.

RÉSUMÉ

Les auteurs décrivent une technique d'élevage des différents stades larvaires d'*H. armigera*.

Cette technique fait appel à des dispositifs particuliers permettant le contrôle du cannibalisme et rendant alors possible l'élevage en groupe des chenilles dans des volumes restreints.

Les rendements en chrysalides et l'état sanitaire de celles-ci en fonction de différentes densités des populations larvaires ont été étudiés ; le choix de la méthode à adopter sera alors fonction de l'objectif visé : qualité et/ou quantité des chrysalides produites.

MOTS CLÉS : *Heliothis armigera*, comportement larvaire (cannibalisme, phototropisme) ; technique d'élevage en groupe des chenilles.

INTRODUCTION

La multiplication d'*Heliothis armigera* (Hübner) en laboratoire a été décrite par COUILLLOUD et GIRET (1980) et la composition simplifiée du milieu nutritif artificiel utilisé pour l'alimentation des chenilles a été précisée par ces mêmes auteurs en 1986.

Le cannibalisme, caractéristique du comportement des chenilles de cette espèce, conduit à l'individualisation de l'élevage des stades larvaires, soit en boîte, soit en batterie

(POITOUT et BUES, 1974). Cette méthode occasionne de nombreuses manipulations et ne permet pas d'assurer une production importante à moins d'être mécanisée (MOORE, 1980).

Les études entreprises, basées sur une meilleure connaissance du comportement des chenilles, ont abouti à la mise au point de dispositifs particuliers permettant l'élevage en groupe des chenilles, tout en limitant l'incidence du cannibalisme.

MATÉRIEL

Boîtes d'élevage

A. Boîte cylindrique en polystyrène transparent, diamètre 11 cm, hauteur 8 cm, couvercle grillagé à mailles fines (vide nominal : 140 microns). Ces boîtes sont recouvertes d'un cache en carton ne laissant pénétrer la lumière qu'à la partie inférieure des boîtes.

B. Boîte en polystyrène transparent, 25 × 26 cm, hauteur 9 cm, couvercle grillagé à mailles fines sur sa plus grande surface.

Dispositifs particuliers

C. Feuille de polystyrène expansé de 2 mm d'épaisseur, de dimensions égales à celles de l'intérieur des boîtes de

type B, permettant d'isoler le milieu nutritif artificiel offert aux chenilles du substrat de tourbe utilisé pour la nymphe.

D. Supports verticaux « herse » pour l'élevage en groupe des chenilles. Deux modèles :

— herse 1 : plaque en PVC, 24 × 24 cm de côté, 5 mm d'épaisseur, comportant 144 supports disposés en 12 rangées de 12. Les supports sont cylindriques, hauteur 7 cm, diamètre 4 mm, de surface rugueuse et espacés les uns des autres de 16 mm ;

— herse 2 : même plaque de base comportant cette fois 12 rangées de 12 trous ; les supports d'une hauteur de 4,5 cm, au nombre de 132, sont placés entre les trous de chacune des rangées.

OBSERVATIONS SUR LE COMPORTEMENT DES CHENILLES

Durant toute sa vie larvaire, *H. armigera* est cannibale et ceci est d'autant plus marqué qu'il y a pénurie d'aliment ou limitation de l'espace disponible.

Chaque chenille, quel que soit son stade et lorsque la nourriture qui lui est offerte est suffisante, défend un terri-

toire circulaire dont le diamètre représente approximativement la longueur de la chenille.

L'utilisation d'un dispositif particulier, « herse » retournée, permet d'augmenter, pour une surface donnée, le nombre des territoires disponibles.

Les chenilles présentent un phototropisme positif les incitant à rechercher de préférence un territoire vers la lumière (fig. 1 et 2). Ce phototropisme est utilisé dans la conduite de l'élevage au moment de l'éclosion des larves nouveau-nées.

La nymphose s'effectue au niveau du fond des boîtes d'élevage, la loge étant en contact avec celui-ci (fig. 4) ; le nombre de loges nymphales se trouve ainsi limité et demeure fonction de la surface du fond des boîtes d'élevage.

CONDUITE DES ÉLEVAGES

De l'œuf au deuxième stade larvaire

Le fond des boîtes de type A est recouvert de milieu nutritif artificiel présenté en petits cubes de moins de 5 mm d'arrête.

Les gazes sur lesquelles ont été pondus les œufs sont placées sur ces boîtes, sans contact avec le milieu nutritif, et maintenues en place par le couvercle.

Après incubation, les larves nouveau-nées, attirées par la lumière pénétrant à la base de la boîte, migrent vers le milieu nutritif.

Chaque boîte peut ainsi accueillir quelques centaines de chenilles jusqu'au deuxième stade larvaire.

Du deuxième stade larvaire au dernier stade

Les chenilles de deuxième stade sont transférées, avec les reliquats de milieu nutritif, par agitation de la boîte de type A sur la boîte de type B.

Deux méthodes sont utilisées :

— pour un effectif ne dépassant pas 150 chenilles, le fond de la boîte B est préalablement recouvert de cubes de milieu nutritif d'un centimètre d'arrête ;

— pour un effectif supérieur, le dispositif « herse 1 » est placé sur le fond de la boîte de type B ; le milieu nutritif est alors disposé sous forme de lanières entre les rangées de supports avant le transfert des larves.

Les chenilles, en quête de territoire disponible, voient leur accès et leur déplacement à la face inférieure des cou-

vertices facilité grâce à l'espace réduit entre le sommet des supports et le couvercle lui-même.

Dans les deux cas, les chenilles de dernier stade sont transférées dans les boîtes de nymphose.

Du dernier stade larvaire à la nymphose

Le fond des boîtes de type B est recouvert de tourbe d'environ 1 cm d'épaisseur sur laquelle est placée la feuille de polystyrène de type C.

Le transfert des larves s'effectue individuellement à la pince, en veillant à ce que les chenilles installées ne se chevauchent pas et soient disposées de préférence à l'opposé de la lumière dominante.

Deux méthodes sont utilisées :

— l'élevage se fait simplement sur la feuille de polystyrène (type C) recouverte par les cubes de milieu nutritif ;

— une herse de modèle 2 est placée préalablement sur la feuille de polystyrène (type C) et les lanières de milieu nutritif sont disposées entre chaque rangée de supports et de trous, ces derniers restant accessibles.

Dans les deux cas, les chenilles accèdent à la tourbe pour nymphoser, après avoir traversé les dispositifs en place. Les chrysalides seront ensuite récoltées.

Pour tous les élevages réalisés dans les boîtes de type B, le milieu nutritif est complété tous les deux à cinq jours en fonction des besoins ; l'orientation des boîtes est, d'autre part, inversée par rapport à la lumière incidente, tous les deux à trois jours.

RÉSULTATS

L'élevage des chenilles, entre le deuxième et le dernier stade larvaire, dans les boîtes de type B sans dispositif particulier, ne permet pas d'obtenir plus de 150 chenilles d'un bon état sanitaire en début de dernier stade.

L'adoption du dispositif « herse 1 » permet, lui, d'obtenir jusqu'à 500 chenilles toujours en bon état sanitaire (fig. 3).

Dans les boîtes de nymphose équipées du dispositif herse 2, le nombre de chenilles à transférer doit être réduit, compte tenu du nombre de territoires disponibles dans la tourbe pour la nymphose (fig. 4).

Les observations faites sur le rendement en chrysalides en fonction du nombre de chenilles installées et du dispositif adopté (C et herse 2) sont résumées dans le tableau 1.

Le choix de la méthode à adopter est dicté par l'objectif de l'élevage :

— soit une production maximale de chrysalides dont l'état sanitaire demeure compatible avec, par exemple, la multiplication d'endoparasites nymphaux (SILVE, 1982 ;

LECLANT, 1984). L'ensemble des chrysalides vivantes obtenues, quelle que soit la méthode d'élevage adoptée, répond à cet objectif ;

— soit une production moindre de chrysalides, mais de bonne qualité, afin d'assurer une descendance optimale :

- maintenance d'une souche d'élevage ;
- production d'œufs nécessaire à la multiplication d'oophages (BOURNIER, 1982) ;
- production de chenilles pour la multiplication d'entomopathogènes (ANGELINI et LABONNE, 1970) ;
- production de chenilles pour l'étude des doses létales 50.

Les dispositifs présentant les plus faibles densités assurent, bien entendu, les meilleurs résultats sur le plan sanitaire.

D'autres critères, relevant des moyens disponibles, peuvent également orienter le choix de la méthode d'élevage ;

— d'un point de vue économique, les dispositifs avec herse sont à retenir, car ils permettent une consommation totale des bandelettes de milieu nutritif par les derniers sta-

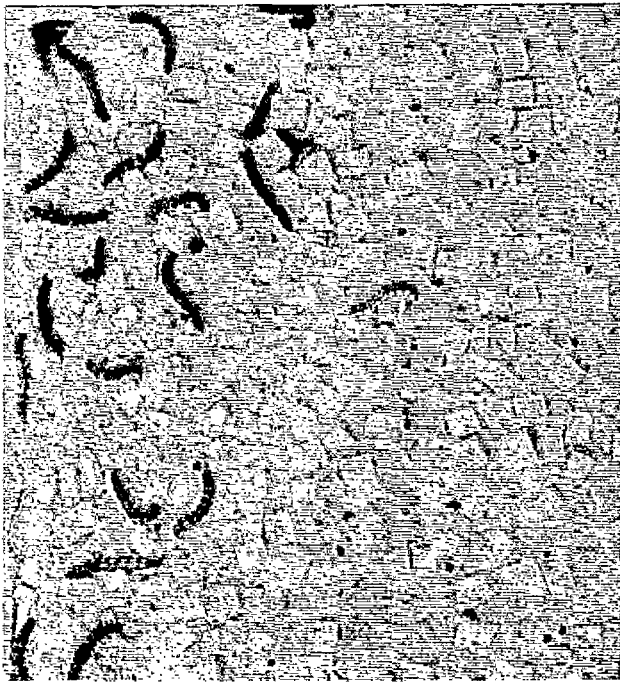


Figure 1. 25 chenilles de dernier stade.
25 last-stage worms



Figure 2. 70 chenilles de dernier stade.
70 last-stage worms

Figures 1 et 2

Disposition des chenilles sur une feuille de polystyrène expansé, en présence de milieu nutritif artificiel, 24 h après leur mise en place :

1. Nombre réduit de chenilles avec regroupement des territoires occupés vers la lumière dominante.
2. Nombre important de chenilles, les territoires occupés recouvrant dans ce cas l'ensemble de la surface offerte.

Arrangement of worms on an expanded polystyrene sheet, in the presence of artificial nutrient medium, 24 hours after they were placed :

1. Reduced number of worms with the grouping together of the occupied territories towards the dominant light ;
2. Large number of worms, the occupied territories covering in this case the whole of the area offered.

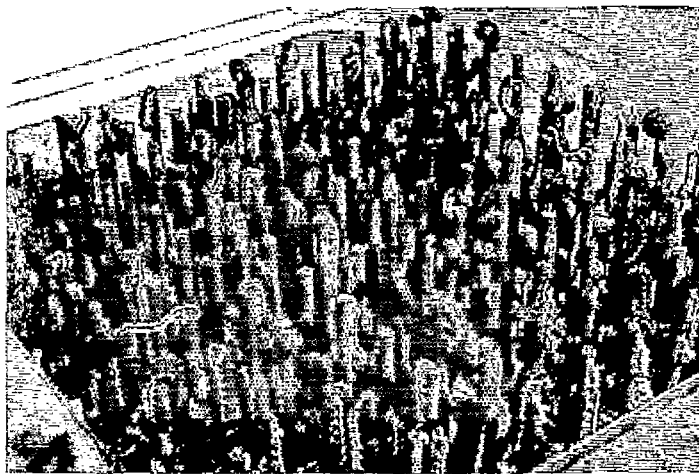


Figure 3
Dispositif « herse » : colonisation possible par 500 chenilles de dernier stade.
« Harrow » system : possible colonization by 500 last-stage worms.



Figure 4
Chrysalides en loges dans le substrat de nymphose : le nombre de loges est limité par la surface du fond de la boîte.
Chrysalises in cells in the nymphosis substrate : the number of cells is limited by the area of the bottom of the container.

TABLEAU 1
Rendement en chrysalides en fonction du nombre de chenilles installées et du dispositif adopté
(C et herse 2).
Yield of chrysalises according to the number of worms placed and the system adopted
(C and harrow 2).

Dispositif	Nombre de chenilles installées par boîte	Nombre de chrysalides vivantes obtenues		Nombre de chrysalides en bon état sanitaire	
		Moyenne par boîte	En % des chenilles installées	En % des chrysalides obtenues	En % des chenilles installées
Polystyrène C	50 (191)*	46,7	93,6	70,1	65,5
Polystyrène C	70 (76)	61,6	88,1	70,0	61,7
Polystyrène C	90 (36)	72,5	80,6	63,8	51,4
Herse 2	100 (86)	85,5	85,5	67,8	57,9
Herse 2	120 (27)	97,8	81,5	55,5	45,2

(*) Nombre de répétitions.

des larvaires ; en l'absence de ces dispositifs, un apport de milieu frais est rendu nécessaire du fait du dessèchement plus rapide du milieu présenté sous forme de cubes ;

— dans le cas d'une limitation de l'espace disponible pour la réalisation des élevages, on peut être amené à choisir les dispositifs assurant le rendement maximum par boîte d'élevage.

Le contrôle du cannibalisme chez *Heliothis armigera*, par l'adoption de dispositif assurant à chaque chenille un territoire minimum à condition qu'il soit pourvu en aliments, permet l'élevage en groupe des chenilles de cette espèce. Cette production massale est, d'autre part, assurée avec un minimum de manipulations.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ANGELINI, A. ; LABONNE, V., 1970. — Sur une technique d'élevage d'*Heliothis armigera*, Hübn. et une possibilité de production de virose nucléaire en Côte-d'Ivoire. *Cot. Fib. trop.*, 25, 4, 501-504.
- BOURNIER, J.-P., 1982. — Comportement de plusieurs souches de *Trichogrammes* vis-à-vis des œufs d'*Heliothis armigera* (Hbn.) (Lep., Noctuidae) et de *Chilo partellus* (Swinhoe) (Lep., Pyralidae). *Les Trichogrammes : 1^{er} Symposium Inter., Antibes*, 20-23 avril 1982, Les Colloques de l'INRA, 85-96.
- COUILLOUD, R. ; GIRET, M., 1980. — Multiplication d'*Heliothis armigera*, Hübn. (Noctuidae) : améliorations possibles grâce à l'adoption d'une technique d'élevage en groupe des chenilles. *Cot. Fib. trop.*, 35, 2, 217-224.
- GIRET, M. ; COUILLOUD, R., 1986. — Remplacement de l'agar-agar par un gélifiant à base de carraghénate pour la confection de milieux nutritifs destinés à l'élevage des larves de Lépidoptères. *Cot. Fib. trop.*, 41, 2, 131-133.
- LECLANT, S., 1984. — Contribution à l'étude de la biologie de *Tetrastichus atriclavus* Waterston 1915 (Hym. Eulophidae), endoparasite nymphal. *DEA, Parasitologie (Pathologie comparée), USTL, Montpellier*, 3 oct. 1984, 42 p.
- MOORE, R.F., 1980. — Dispenser of laboratory diet into multiple rearing containers. *J. econ. Ent.*, 73, 3, 366-368.
- POITOUT, S. ; BUES R., 1974. — Elevage de chenilles de vingt-huit espèces de Lépidoptères Noctuidae et de deux espèces d'Arctiidae, sur milieu nutritif artificiel simple. Particularités de l'élevage selon les espèces. *Ann. Zool. Ecol. anim.*, 1974, 6, 3, 431-441.
- SILUE, G., 1982. — Comportement de *Trichospilus diaatrae* Cher. et Marg. (Hym., Eulophidae) vis-à-vis du stade nymphal de plusieurs déprédateurs en région tropicale (Lep. Noctuidae, Tortricidae, Pyralidae). *DAA, Protection des Cultures, ENSA, Montpellier*, 30 p. et annexes.

Production of *Heliothis armigera* (Hübner) (Lep. Noctuidae) : multiple worm rearing technique

M. Giret and R. Couilloud

SUMMARY

The authors describe a method of rearing the different larval stages of *H. armigera*.

This technique requires particular equipment allowing cannibalism to be controlled and enabling thus the multiple rearing of worms in limited volumes.

Yields of chrysalises and their health status according to various densities of larval populations were studied ; the method to adopt will then be selected according to the objective aimed at : quality and/or quantity of the chrysalises produced.

KEY WORDS : *Heliothis armigera*, larval behaviour (cannibalism, phototropism), multiple worm rearing technique

INTRODUCTION

The multiplication of *Heliothis armigera* (Hübner) in the laboratory was described by COUILLAUD and GIRET (1980) and the simplified composition of the artificial nutrient medium used to feed the worms was pinpointed by the same authors in 1986.

Owing to cannibalism, characteristic of the behaviour of the worms of this species, the rearing of larval stages was individualized, either in boxes or in batteries (PORTOUT and

BUES, 1974). This method causes a great deal of handling and its production cannot be considerable unless it is mechanized (MOORE, 1980).

The studies undertaken, based upon a better knowledge of worm behaviour, led to the development of specific equipment making multiple worm rearing possible while limiting cannibalism incidence.

EQUIPMENT

Rearing containers

A. Transparent polystyrene cylindrical box, 11 cm in diameter, 8 cm in height, fine-mesh lid (nominal vacuum = 140 microns). The boxes were covered with a piece of cardboard letting the light come only into the bottom part of the boxes.

B. Transparent polystyrene box, 25 × 26 cm, 9 cm in height, five-mesh lid on the larger surface.

Specific equipment

C. Expanded polystyrene sheet 2 mm in thickness, with the same size as the inside of the boxes of type B, allowing

the artificial nutrient medium given to the worms to be isolated from the peat substrate used for nymphosis.

D. « Harrow » upright stands used for worm multiple rearing. Two types :

— harrow 1 : PVC plate, 24 × 24 cm inside, 5 mm in thickness, comprising 144 pegs arranged in 12 rows of 12. The pegs are cylindrical, 7 cm high and 4 mm in diameter, with a rough surface and spaced the ones from the others by 16 mm ;

— harrow 2 : same basic plate including this time 12 rows of 12 holes. 132 pegs 4.5 cm high are placed between the holes of each of the row.

OBSERVATION ON WORM BEHAVIOUR

During the whole of its larval life, *H. armigera* is cannibal and this is all the more pronounced since there is food shortage and limited space available.

Whatever its stage and if the food supplied to it is sufficient, each worm defends a circular territory, the diameter of which is approximately equal to its length.

The use of specific equipment, an upside-down « harrow », allowed, for a given area, the number of territories available to be increased.

The worms present a positive phototropism inciting them to search preferably for a territory towards the light (Figures 1 and 2). This phototropism was used in the rearing when newborn larvae hatched.

Nymphosis occurred in the bottom of the rearing containers, the cells being in contact with it (Figure 4) ; the number of nymphal cells was therefore limited and depended on the area of the bottom of the rearing containers.

MODE OF REARING

From the egg to the second larval stage

The bottom of the containers of type A was covered with artificial nutrient medium presented in small cubes of less than 5 mm in edge.

The gauzes on which the eggs were laid were placed on these containers, without contacting the nutrient medium, and maintained by the lid.

After incubation, the newborn larvae, attracted by the light coming into the bottom of the container, migrated towards the nutrient medium.

Each container could thus receive several hundreds of larvae until the second larval stage.

From the second to the last larval stage

Second-stage larvae were transferred with the remainders of nutrient medium by agitating the container of type A on the container of type B.

Two methods were used :

— for a number of worms not exceeding 150, the bottom of the container of type B was previously covered with cubes of nutrient medium of 1 cm in edge ;

— for a higher number, the « harrow 1 » system was placed on the bottom of the container of type B ; the nutrient medium was then arranged under the form of strips between the rows of pegs before the larvae were transferred.

The larvae searching for available territory found their access and movement to the lower side of the lid facilitated

by the reduced space between the top of the pegs and the lid itself.

In both cases, last-stage larvae were transferred into nymphosis containers.

From the last larval stage to nymphosis

The bottom of the containers of type B was covered with peat of around 1 cm in thickness on which the polystyrene sheet of type C was placed.

Larvae were transferred individually with pliers seeing to it that the worms moved did not overlap each other and were preferably arranged opposite the dominant light.

Two methods were used :

— the rearing was simply carried out on the polystyrene sheet (type C) covered by the cubes of nutrient medium ;

— a harrow of type 2 was previously placed on the polystyrene sheet (type C) and the strips of nutrient medium were put between each row of pegs and holes, the latter remaining accessible.

In both cases, the worms reached the peat to change into nymphs after crossing the systems in place. Later, chrysalises were collected.

For all the worms reared in the containers of type B, the nutrient medium was supplemented every two to five days according to the needs ; also, the position of the containers in relation to incident light was reversed every two or three days.

RESULTS

The rearing of worms, between the second and the last larval stage, in containers of type B without specific equipment did not make it possible to obtain more than 150 worms with a good health status in early last stage.

Thanks to the « harrow 1 » system, up to 500 worms with a good health status could be obtained (Figure 3).

In the nymphosis containers fitted with the « harrow 2 » system, the number of worms to transfer had to be reduced considering the number of available territories in the peat offered for nymphosis (Figure 4).

The observations made on the yield of chrysalises according to the number of worms transferred and the device adopted (C and harrow 2) are summed up in Table 1.

The choice of the method to adopt is dictated by the objective of the rearing :

— either maximum production of chrysalises, the health status of which is compatible with multiplication of nymphal endoparasites for instance (SILUE, 1982 ; LECLANT, 1984). All the living chrysalises obtained, whatever the rearing method adopted, meet this objective ;

— or production of lower number but good quality chrysalises in order to provide optimal descendance :

- maintenance of a rearing strain,

• production of eggs required by multiplication of egg eaters (BOURNIER, 1982),

• production of worms for the multiplication of entomopathogenes (ANGELINI and LABONNE, 1970),

• production of worms for the study of lethal doses 50.

As far as health status is concerned, the arrangements with the lowest densities give of course the best results.

Other criteria depending upon the available means can also influence the choice of the rearing method :

— from the economic standpoint, the harrow systems should be paid special attention to, since they allow the total consumption of the strips of nutrient medium by last-stage larvae ; when these systems are not used, fresh medium must be supplied because of the quicker drying out of the medium presented under the form of cubes ;

— when the space available for the rearings is limited, the systems providing maximum yield per rearing container may be chosen.

The control of cannibalism in *Heliothis armigera*, through the adoption of systems providing each worm with a minimum territory on condition that it is supplied with feedingstuffs, allows the multiple rearing of the worms of this species to be carried out. Also, this mass production is performed with minimum handling.

RESUMEN

Los autores describen una técnica de cría de las diferentes fases larvales de *H. armigera*.

Esta técnica recurre a dispositivos particulares permitiendo el control del canibalismo haciendo posible la cría múltiple de orugas en volúmenes limitados.

Los rendimientos de crisálidas y su estado sanitario en función de varias densidades de poblaciones larvales fueron estudiados ; la elección del método a adoptar dependerá entonces del objetivo apuntado : calidad y/o cantidad de crisálidas producidas.